

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

ARTHUR LOUZADA

**SOBREVIVÊNCIA EM SOLO DE *Acidovorax avenae* subsp. *avenae*,
AGENTE CAUSAL DA ESTRIA VERMELHA NA CANA-DE-AÇÚCAR**

Jaboticabal-SP

2025

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**SOBREVIVÊNCIA EM SOLO DE *Acidovorax avenae* subsp. *avenae*, AGENTE
CAUSAL DA ESTRIA VERMELHA NA CANA-DE-AÇÚCAR**

ARTHUR LOUZADA

Orientador: Prof. Dr. Tadeu Antônio Fernandes da Silva Júnior
Coorientador: Dr. Laudecir Lemos Raiol Júnior

Trabalho apresentado à Faculdade de
Ciências Agrárias e Veterinárias - UNESP,
Câmpus de Jaboticabal, para graduação
em ENGENHARIA AGRÔNOMICA.

Jaboticabal – SP
2025

L895s	Louzada, Arthur Sobrevivência em solo de <i>Acidovorax avenae</i> subsp. <i>avenae</i>, agente causal da estria vermelha na cana-de-açúcar / Arthur Louzada. -- Jaboticabal, 2025 50 p. Trabalho de conclusão de curso (Bacharelado - Engenharia Agrônômica) - Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal Orientador: Tadeu Antônio Fernandes da Silva Júnior Coorientador: Laudecir Lemos Raiol Júnior 1. Ecologia microbiana. 2. precipitação. 3. bactéria. 4. matéria orgânica. 5. bacterioses. I. Título.
-------	--

ARTHUR LOUZADA

TÍTULO DO TRABALHO ACADÊMICO: SOBREVIVÊNCIA EM SOLO DE *Acidovorax avenae* subsp. *avenae*, AGENTE CAUSAL DA ESTRIA VERMELHA NA CANA-DE-AÇÚCAR

Trabalho de Conclusão de Curso apresentada à Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, para obtenção do título de Bacharel em Engenharia Agrônoma.

Orientador: Prof. Dr. Tadeu Antônio Fernandes da Silva Júnior
Coorientador (se houver): Dr. Laudecir Lemos Raiol Júnior

Área de Concentração: Engenharia Agrônoma - Fitossanidade

Data da defesa: 27/05/2025.

(X) Aprovado
() Reprovado

Banca Examinadora:



Documento assinado digitalmente
TADEU ANTONIO FERNANDES DA SILVA JÚNIOR
Data: 28/05/2025 11:41:03-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

Prof. Dr. Tadeu Antônio Fernandes da Silva Júnior
UNESP – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Campus de Jaboticabal



Documento assinado digitalmente
JOSE MARCELO SOMAN
Data: 25/05/2025 09:55:32-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

Dr. José Marcelo Soman
UNESP – Faculdade de Ciências Agrônômicas – Campus de Botucatu



Documento assinado digitalmente
LUANA LAURINDO DE MELO
Data: 23/05/2025 10:06:18-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

Msc. Luana Laurindo de Melo
UNESP – Faculdade de Ciências Agrônômicas – Campus de Botucatu

Aprovado em reunião do Conselho do Departamento em: **07 / 06 / 25**



Documento assinado digitalmente
DANIEL JÚNIOR DE ANDRADE
Data: 07/06/2025 15:51:17-0300
Verifique em <https://validar.it.gov.br>

Prof. Dr. Daniel Júnior de Andrade
Chefe do Departamento

AGRADECIMENTOS

Agradeço, primeiramente à Deus, pelo dom da vida e por me dar força e sabedoria durante toda essa trajetória.

A Nossa Senhora, por interceder por mim e me amparar nos momentos de dificuldade.

À minha família, meus pais, David Louzada Neto e Maria Silvia Encarnação Louzada, e meu irmão, Álvaro José Louzada, pelo amor e apoio incondicional, por sempre acreditarem em mim e me proporcionar todo o conforto para minha realização. Sem vocês nada seria possível.

Ao meu orientador, Prof. Tadeu Antônio Fernandes da Silva Júnior, coorientador, Dr. Laudecir Lemos Raiol Júnior, e Profª Rita de Cássia Panizzi pela amizade, dedicação e paciência em compartilhar seus conhecimentos.

A toda a equipe do Laboratório de Estudos em Fitopatologia, mestrandos, doutorandos e técnicos, pelo auxílio sempre quando necessário. Em especial à Isabelle Caroline Bailosa do Rosário e Giulia Dinardo Miranda, pela amizade e por me ajudarem na condução do trabalho.

Aos meus amigos, Guilherme Ligabue Pereira, Pedro Costa Scrivanti, Fernando Colletti Micheletti e Filipe Coelho de Oliveira, que estiveram comigo durante toda a graduação compartilhando momentos de alegria, conquistas e desafios.

Ao Centro de Pesquisa em Engenharia-Fitossanidade em Cana de Açúcar, pela concessão da bolsa.

A todos que, direta ou indiretamente, contribuíram para a realização deste trabalho, deixo minha mais sincera gratidão.

SUMÁRIO

RESUMO	VI
ABSTRACT.....	VII
1. INTRODUÇÃO	8
2. REVISÃO DE LITERATURA	11
2.1 Importância da cana-de-açúcar	11
2.2 Principais doenças bacterianas da cana-de-açúcar	13
2.2.1 Raquitismo da soqueira	13
2.2.2 Escaldadura	15
2.3 Estria vermelha.....	17
2.3.1 Etiologia.....	19
2.3.2 Manejo.....	20
2.4 Ecologia de bactérias fitopatogênicas.....	21
3. MATERIAL E MÉTODOS	26
3.1. Isolado bacteriano, condições de cultivo, caracterização e preservação.....	26
3.2. Sobrevivência em solo de <i>Acidovorax avenae</i> subsp. <i>avenae</i>	26
3.3. Processamento das amostras de solo	29
3.4. Coleta de dados climáticos e teores de umidade dos solos	29
3.5. Delineamento experimental e análise dos dados	30
3.6. Caracterização de isolados de <i>Acidovorax avenae</i> subsp. <i>avenae</i>	31
4. RESULTADOS	32
4.1. Experimentos em laboratório	32
4.2. Experimentos em condições naturais de campo	34
5. DISCUSSÃO.....	38
6. CONCLUSÃO	42
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	43

SOBREVIVÊNCIA EM SOLO DE *Acidovorax avenae* subsp. *avenae*, AGENTE CAUSAL DA ESTRIA VERMELHA NA CANA-DE-AÇÚCAR

RESUMO

A estria vermelha da cana-de-açúcar, causada pela bactéria *Acidovorax avenae* subsp. *avenae* (Aaa), é uma doença que vem ganhando importância no Brasil, especialmente em regiões com solos férteis e alta umidade. No entanto, pouco se sabe sobre a ecologia desse patógeno em condições tropicais, sobretudo quanto à sua sobrevivência no solo. Este trabalho teve como objetivo avaliar os períodos de sobrevivência de Aaa em diferentes tipos de solo provenientes de áreas de cultivo de cana-de-açúcar, tanto em condições controladas de laboratório quanto sob ambiente natural de campo. Utilizou-se um isolado resistente à rifampicina, infestado em cinco diferentes tipos de solo, com amostragens periódicas por até 70 dias. A quantificação foi realizada em meio seletivo e a identidade de Aaa confirmada por testes de patogenicidade. Os resultados demonstraram que a sobrevivência da bactéria variou entre 7 e 56 dias, sendo influenciada por características edáficas e, principalmente, por fatores climáticos, como a precipitação. Os maiores períodos de persistência ocorreram em solos com maior teor de argila e menor teor de matéria orgânica. Em campo, chuvas intensas reduziram significativamente a viabilidade do patógeno, destacando o papel da umidade e da atividade microbiana na supressividade do solo. Os dados obtidos contribuem para o entendimento da ecologia de Aaa e oferecem subsídios para estratégias de manejo mais eficazes da estria vermelha em sistemas de produção de cana-de-açúcar.

Palavras-chave: Ecologia microbiana; precipitação; bactéria; matéria orgânica; bacterioses.

SOIL SURVIVAL OF *Acidovorax avenae* subsp. *avenae*, THE CAUSAL AGENT OF RED STRIPE IN SUGARCANE

ABSTRACT

Red stripe of sugarcane, caused by the bacterium *Acidovorax avenae* subsp. *avenae* (Aaa), is a disease of increasing importance in Brazil, especially in regions with fertile soils and high humidity. However, little is known about the ecology of this pathogen under tropical conditions, particularly regarding its survival in soil. This study aimed to evaluate the survival periods of Aaa in different soil types collected from sugarcane cultivation areas, under both controlled laboratory conditions and natural field environments. A rifampicin-resistant isolate was used and inoculated into five different soils, with periodic sampling over a period of up to 70 days. Quantification was performed on selective medium, and the identity of Aaa was confirmed through pathogenicity tests. The results showed that bacterial survival ranged from 7 to 56 days, being influenced by edaphic characteristics and, more notably, by climatic factors such as precipitation. Longer survival periods were observed in soils with higher clay content and lower organic matter. In the field, heavy rainfall significantly reduced the pathogen's viability, highlighting the role of moisture and microbial activity in soil suppressiveness. The data contribute to the understanding of Aaa ecology and provide valuable insights for more effective management strategies of red stripe in sugarcane production systems.

Keywords: Microbial ecology; precipitation; bacteria; organic matter; bacterioses.

1. INTRODUÇÃO

A cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) é classificada taxonomicamente como pertencente à família Poaceae. Matéria-prima para a produção de açúcar e etanol, destaca-se também na geração de bioeletricidade e, mais recentemente, na produção de bioplástico e biodiesel, além de ser um sistema incluído no mercado de comercialização de crédito de carbono (FAVA NEVES e KALAKI, 2021). O cultivo da cana-de-açúcar é baseado na utilização de várias variedades, que visam a máxima síntese de sacarose nos canaviais, por meio, por exemplo, da tolerância ou resistência às principais pragas e doenças, inibição de fatores fisiológicos indesejáveis como o florescimento e a isoporização, entre outras características que podem ser ajustadas por melhoramento genético ou biotecnologia (BRAGA JÚNIOR *et al.*, 2023).

No Brasil, principal produtor mundial da cultura, a ocorrência de doenças tem impactado o setor sucroenergético. A estria vermelha tem como agente causal a bactéria *Acidovorax avenae* subsp. *avenae* (Aaa), inicialmente isolada e descrita por Grillo & Azevedo (1939). Aaa está disseminada em todas as áreas de cultivo do território brasileiro, sendo seus danos potencializados em solos profundos e férteis, especialmente sob condições de alta temperatura e umidade. Nessas condições, pode causar perdas totais pela destruição do colmo, pois, além das estrias avermelhadas nas folhas, em estágios avançados pode ocorrer a podridão do meristema apical, sintoma ao qual a doença é denominada de podridão do topo (TOKESHI e RAGO, 2016; ZHAO *et al.*, 2023).

Até o momento, as plantas hospedeiras de Aaa relatadas são da mesma família da cana-de-açúcar, Poaceae, além de mais duas espécies da família

Cannaceae (MALAVOLTA Jr *et al.*, 2008). O conhecimento da sua gama de hospedeiros também é fundamental para o manejo da doença.

O controle da estria vermelha é realizado, principalmente, com o uso de variedades resistentes, recomendando-se o uso de cultivares suscetíveis apenas em solos de baixa fertilidade (TOKESHI e RAGO, 2016) e uso de adubação nitrogenada balanceada. O manejo eficiente exige também a compreensão da ecologia da bactéria, incluindo seus possíveis nichos de sobrevivência, como solo, resíduos culturais e hospedeiros alternativos (SCHUSTER e COYNE, 1974; ZHAO *et al.*, 2023).

Estudos sobre a sobrevivência da Aaa concentram-se em gramíneas propagadas por sementes, como o arroz, onde a bactéria foi detectada em sementes armazenadas por até oito anos a 5 °C (SHAKYA *et al.*, 1985), infectando a planta via coleóptilo. A sobrevivência de Aaa em solo e resíduos culturais não foi eficiente em estudos conduzidos com milho na Geórgia, EUA (SUMMER e SCHAAD, 1977). Em experimentos conduzidos no Havaí, observou-se que a bactéria Aaa sobreviveu cerca de 40 dias em solo estéril e 32 dias em solo natural (BARNUM, 1925).

A ecologia de Aaa nos sistemas de produção de cana-de-açúcar no Brasil, maior produtor mundial da cultura, ainda é pouco compreendida. Devido à vasta extensão territorial do país e o cultivo da cana-de-açúcar em diferentes ambientes de produção, que variam quando às condições edafoclimáticas e às práticas agrícolas entre as regiões, a capacidade de sobrevivência de Aaa pode diferir significativamente. Nesse contexto, estudos voltados à compreensão

desses aspectos são essenciais para embasar estratégias de manejo mais eficazes.

O objetivo deste trabalho consistiu em avaliar os períodos de sobrevivência de um isolado de Aaa em diferentes tipos de solos coletados de áreas de cultivo de cana-de-açúcar, tanto em condição de ambiente controlado, quanto em condições naturais de campo.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Importância da cana-de-açúcar

A cana-de-açúcar é uma planta da família *Poaceae* e do gênero *Saccharum*, o qual abriga uma diversidade de espécies que contribuem geneticamente para os híbridos utilizados comercialmente. A espécie *Saccharum officinarum* é caracterizada por apresentar elevado teor de açúcar, enquanto outras espécies, como *S. spontaneum*, *S. robustum*, *S. sinensis* e *S. barberi*, são responsáveis por fornecer características de resistência e rusticidade (BABU *et al.* 2022). O centro de origem dessa cultura é reconhecido como o sudeste asiático (Polinésia, Nova Guiné, Índia e China), com registros históricos desde aproximadamente 6.000 a.C. (AMARAL *et al.*, 2015).

Entre os anos de 1530 e 1532, a cana-de-açúcar foi introduzida no Brasil por Martim Afonso de Sousa, e, graças à semelhança climática com sua região de origem, rapidamente passou a ocupar posição de destaque na economia brasileira desde o período colonial (SILVA *et al.*, 2021). Atualmente, o Brasil é o maior produtor mundial, sendo responsável por movimentar cerca de 2% do PIB nacional por meio do setor sucroenergético (ÚNICA, 2024). Na safra 2023/24, a produção foi de aproximadamente 713,2 milhões de toneladas, cultivadas em uma área de 8.333,9 mil hectares, com produtividade média de 85.580 kg/ha. A região Centro-Sul responde por 91,3% da produção nacional, tendo o estado de São Paulo como principal produtor (383 mil toneladas), seguido pelos estados de Minas Gerais e Goiás (CONAB, 2024).

A cana-de-açúcar é matéria-prima para diversos produtos, sendo os principais o açúcar e o etanol. No entanto, também se destaca na produção

de bioplástico, biodiesel e bioeletricidade, por meio do bagaço, subproduto da cadeia produtiva. Outros resíduos, como vinhaça e torta de filtro, também são reaproveitados como fertilizantes, contribuindo para a sustentabilidade do sistema produtivo (FAVA NEVES e KALAKI, 2021). Na safra 2023/24, o Brasil produziu 45,6 milhões de toneladas de açúcar (maior produtor mundial) e 35,6 bilhões de litros de etanol (segundo maior produtor), sendo que 5,9 bilhões de litros derivaram do milho, e o restante, majoritariamente da cana. Do total de açúcar produzido, 35,2 milhões de toneladas foram exportadas, principalmente para China, Índia e Indonésia. Já o etanol teve como principais mercados externos os Estados Unidos, seguidos pela Coreia do Sul e Holanda, que importaram 62% dos 2,57 bilhões de litros exportados (CONAB, 2024).

Além de sua expressiva importância econômica, a cultura da cana-de-açúcar também tem forte impacto social, sendo responsável por gerar mais de 730 mil empregos formais, podendo alcançar até 2,2 milhões de postos de trabalho ao se considerar toda a cadeia produtiva, incluindo serviços indiretos. No âmbito ambiental, a utilização de etanol hidratado em veículos flex, aliada à mistura obrigatória de 27% de etanol anidro à gasolina, resultou na redução de mais de 660 milhões de toneladas de CO₂ equivalente em emissões de gases de efeito estufa (GEE), no período de março de 2003 a dezembro de 2023, desde o lançamento dos veículos flex no Brasil (UNICA, 2024).

2.2 Principais doenças bacterianas da cana-de-açúcar

O cultivo da cana-de-açúcar está sujeito à ocorrência de doenças de diferentes etiologias, que reduzem a produtividade dos canaviais e aumentam os custos de produção (TOKESHI e RAGO, 2016). Entre as doenças fúngicas que ocorrem no país destacam-se: a ferrugem marrom (*Puccinia melanocephala*), a ferrugem alaranjada (*Puccinia kuehnii*), o carvão (*Sporisorium scitamineum*), a podridão vermelha (*Colletotrichum falcatum*), a podridão de Fusarium e/ou pokkah-boeng (*Fusarium verticillioides*, *F. subglutinans*, *F. proliferatum* e *F. sacchari*) e a podridão abacaxi (*Thielaviopsis paradoxa*). Entre as viroses, destacam-se o mosaico (*Sugarcane mosaic virus* – SCMV e *Sorghum mosaic virus* – SrMV) e a síndrome do amarelecimento foliar (*Sugarcane yellow leaf virus* – SCYLV) (TOKESHI e RAGO, 2016).

Dentre as doenças bacterianas de maior preocupação, destacam-se três: o raquitismo da soqueira, provocado por *Leifsonia xyli* subsp. *xyli*; a escaldadura das folhas, causada por *Xanthomonas albilineans*; e a estria vermelha ou podridão do topo, causada Aa (VERÍSSIMO *et al.* 2017). Em especial, a estria vermelha tem sido registrada em diversas regiões produtoras de cana ao redor do mundo, representando uma ameaça crescente e global à cultura (ZHAO *et al.*, 2023).

2.2.1 Raquitismo da soqueira

O raquitismo da soqueira, identificado pela primeira vez em 1944 na Austrália, é considerada uma doença “invisível”, pois os sintomas característicos para identificação em campo são quase inexistentes. Amplamente disseminada

nas regiões canavieiras brasileiras, a doença pode ocasionar perdas de produtividade de até 27% (TOKESHI e RAGO, 2016).

O agente causal da doença é a bactéria *L. xyli* subsp. *xyli*, que apresenta colonização restrita ao xilema, é gram-positiva, imóvel e aeróbia obrigatória. Possui formato baciforme, reto ou ligeiramente curvo, e forma colônias pequenas, circulares, com margens inteiras, convexas e não pigmentadas (TOKESHI e RAGO, 2016).

Os sintomas incluem subdesenvolvimento das plantas, que apresentam porte baixo, entrenós curtos e colmos finos. Esses sintomas são agravados por situações de estresse, como déficit hídrico ou nutricional, presença de plantas daninhas, compactação do solo ou ocorrência de outras doenças (TOKESHI e RAGO, 2016). Em variedades suscetíveis, também podem ser observados sintomas internos, como coloração alaranjada clara ou vermelha escura nos feixes vasculares (HUGHES e STEINDL, 1956; TOKESHI e RAGO, 2016). Essa alteração de cor também pode ocorrer na presença de outros patógenos, como *Aa*, *Fusarium moliniforme* e *X. albilineans* (TOKESHI e RAGO, 2016). Dessa forma, o diagnóstico e o monitoramento da doença requerem o uso de métodos laboratoriais especializados, como microscopia, testes sorológicos e técnicas moleculares baseadas na detecção de DNA (CHAKRABORTY *et al.*, 2024).

Altas populações bacterianas podem obstruir os feixes vasculares, comprometendo a translocação de água, nutrientes e hormônios. Além disso, alterações fisiológicas prejudicam o perfilhamento e a síntese de sacarose (BRUMBLEY *et al.*, 2006; GARCIA *et al.*, 2021).

A introdução da bactéria na área ocorre principalmente por mudas infectadas, e sua disseminação é facilitada por equipamentos de corte contaminados (BAILEY e TOUGH, 1992; URASHIMA *et al.*, 2020). *L. xyli* subsp. *xyli* apresenta especificidade pela cana-de-açúcar, portanto não há registro de hospedeiros alternativos para esse patógeno (ZAVAGLIA, 2016). A sobrevivência no ambiente pode ocorrer em restos culturais ou no solo por até 12 semanas (BAILEY e TOUGH, 1992).

Dado o modo de disseminação da doença, a sanitização de maquinários é uma prática fundamental para mitigar perdas (ROSSETTO, 2022). O sistema de produção de mudas pré-brotadas (MPB) contribui para evitar a transmissão do raquitismo via agentes mecânicos e uso de material vegetativo contaminado, pois implementa rigoroso controle sanitário desde a origem das plantas até sua multiplicação, por meio do tratamento térmico de toletes e da prática do roguing no viveiro (LANDELL *et al.*, 2012). O tratamento térmico de toletes, é realizado através da imersão em água quente a 50 °C por 2 horas ou 52 °C por 30 minutos (JOHNSON e TYAGI, 2010). No entanto, essa técnica pode apresentar desvantagens, como danos ao nó dos toletes, resultando em menor taxa de germinação (YULIANTI e WIJAYANTI, 2020). Em algumas regiões, como nos estados da Flórida e Louisiana nos EUA, utiliza-se a cultura de tecidos como alternativa ao tratamento térmico (ROTT *et al.*, 2018).

2.2.2 Escaldadura

A escaldadura das folhas, causada pela bactéria *X. albilineans*, é considerada uma das doenças mais importantes da cana-de-açúcar. Presente

em mais de 60 países, essa doença pode ocasionar perdas de produtividade de até 100%, estando amplamente distribuída no Brasil (TOKESHI e RAGO, 2016).

X. albilineans é uma bactéria gram-negativa, de formato baciliforme, com flagelo polar, formando colônias amarelas, brilhantes, convexas, de bordos lisos e viscosas (TOKESHI e RAGO, 2016). Essa espécie apresenta algumas características incomuns dentro do gênero *Xanthomonas*, como a ausência dos genes *gum*, responsáveis pela síntese de biofilme e goma xantana, a ausência do sistema de secreção do tipo VI e a capacidade de produzir a fitotoxina albicidina, responsável pelo bloqueio da diferenciação dos cloroplastos e que também atua como antibiótico (PIERETTI *et al.*, 2015).

Os sintomas da doença se apresentam em três formas distintas: latente, crônica e aguda (KONG *et al.*, 2025). Na forma latente, a planta infectada não exibe sintomas visíveis, mas pode apresentar descoloração vascular na região dos nós, semelhante ao observado no raquitismo da soqueira. Na fase crônica, surgem estrias esbranquiçadas paralelas às nervuras no limbo foliar, que podem evoluir para clorose e necrose, além de estimular a brotação de gemas basais. Em condições favoráveis ao patógeno, manifesta-se a forma aguda, com sintomas típicos de escaldadura foliar, geralmente em variedades suscetíveis (KONG *et al.*, 2025; TOKESHI e RAGO, 2016). Por colonizar os vasos do xilema, a bactéria compromete a absorção de água pela planta.

Espécies da família Poaceae, além da cana-de-açúcar, atuam como hospedeiras alternativas de *X. albilineans*, contribuindo para a manutenção e disseminação da bactéria no ambiente. Entre elas, destacam-se *Zea mays*, *Brachiaria piligera*, *Imperata cylindrica*, *Panicum maximum*, *Paspalum* spp.,

Pennisetum purpureum e *Rottboellia cochinchinensis*, com infecções naturais já registradas em regiões produtoras de cana-de-açúcar (BIRCH, 2001). A disseminação da bactéria ocorre por toletes contaminados, equipamentos de corte, água de gutação infectada, roedores e mais recentemente foi relatada a transmissão pela cigarrinha-das-raízes (BINI *et al.*, 2023).

O controle da escaldadura pode ser feito pelo uso de variedades resistentes ou tolerantes, além da realização de tratamento térmico dos toletes, por meio de imersão em água corrente a 18–25 °C por 48 horas, seguida de imersão em água quente a 50 °C por 3 horas. A prática de "roguing" nos viveiros (remoção de plantas com sintomas) também contribui para a produção de mudas sadias. Outras práticas utilizadas no controle do raquitismo da soqueira, como a desinfestação de ferramentas de corte, também são recomendadas (TOKESHI e RAGO, 2016).

2.3 Estria vermelha

A estria vermelha, também conhecida como podridão do topo, anteriormente considerada uma doença de importância secundária, tem ganhado relevância crescente no setor canavieiro (TORRES, 2025). Além do Brasil, a doença também tem sido relatada em países como Argentina, China, Índia e México. As taxas de incidência variam entre 30% na Argentina e até 80% na China, especialmente em variedades suscetíveis, sendo que, sob condições favoráveis, as perdas podem chegar a 100% (FONTANA *et al.*, 2019; ZHAO *et al.*, 2023).

Condições climáticas quentes com temperaturas médias em torno de 25 °C e com alta umidade relativa do ar (acima de 80%) favorecem o desenvolvimento da doença, (TORRES, 2025). Além disso, os danos estão frequentemente associados a solos férteis, ricos em nutrientes (TOKESHI e RAGO, 2016). Estudos conduzidos nos Estados Unidos, em duas áreas experimentais, mostraram maior incidência da doença em solos com altos teores de fósforo, potássio, zinco e cálcio, com agravamento dos sintomas quando se aplicaram doses elevadas de nitrogênio (JONHSON *et al.*, 2016).

Os sintomas podem ser classificados em dois estágios. O primeiro é marcado pelo aparecimento de estrias foliares, finas e longas, dispostas paralelamente à nervura central, inicialmente encharcadas e posteriormente com coloração avermelhada. Em lesões recentes, observa-se a formação de exsudatos bacterianos, que se acumulam sobre a superfície foliar, um aspecto importante para a disseminação da doença. Esses exsudatos permitem a propagação por ação do vento, atingindo grandes distâncias, e têm papel fundamental na evolução para o segundo estágio sintomático, a podridão de topo (TOKESHI e RAGO, 2016).

A água da chuva desprende essas placas bacterianas, que escorrem pela superfície foliar e atingem o cartucho da planta. Quando a infecção atinge o meristema apical, há morte dos tecidos superiores e instalação da podridão do topo. Em condições favoráveis, a podridão avança por todo o colmo, causando rachaduras, odor desagradável e escurecimento interno. Em variedades suscetíveis, os nós basais também podem ser afetados, comprometendo a brotação e o estabelecimento de novos perfilhos, o que leva

à redução do stand e perdas de produtividade (JONHSON *et al.*, 2016; TOKESHI e RAGO, 2016).

2.3.1 Etiologia

O agente causal da estria vermelha passou por diversas reclassificações taxonômicas antes de ser estabelecido como *Aaa*. Em 1925, Lee *et al.* classificaram a bactéria como *Phythomonas rubrilineans*, sendo posteriormente reclassificada para *Pseudomonas rubrilineans* (Stapp, 1928) e mais tarde incluída no gênero *Xanthomonas* (Starr e Burkholder, 1942). Em 1962, Hayward retornou à classificação para *Pseudomonas* (NADEEM *et al.*, 2016).

A redefinição atual foi proposta por Willems *et al.* (1992), que reclassificaram diversas *Pseudomonas* anteriormente classificadas de forma incorreta para o gênero *Acidovorax*. Assim, as espécies *Pseudomonas avenae*, *P. rubrilineans* e *P. setariae* passaram a ser agrupadas como *Aaa*.

Aaa é uma bactéria Gram-negativa, com formato bacilar, com bastonetes móveis por flagelo polar e positiva para o teste de oxidase (JONES *et al.*, 2001) e coloniza os espaços intercelulares do parênquema. Em meio de cultura, forma colônias circulares, de coloração branco-creme, translúcidas, convexas e de crescimento achatado, características úteis para sua identificação laboratorial (TOKESHI e RAGO, 2016; ZHAO *et al.*, 2023). Na China, foram relatados isolados com coloração amarela, também associados aos sintomas de estria vermelha, embora estudos adicionais sejam necessários para entender essas variações fenotípicas (ZHAO *et al.*, 2023).

A disseminação de Aaa pode ocorrer a longas distâncias por meio do vento, que transporta exsudatos bacterianos presentes na face abaxial das folhas infectadas. Em curtas distâncias, a chuva também exerce papel importante, promovendo a dispersão de placas bacterianas que atingem regiões suscetíveis da planta, especialmente em presença de ferimentos foliares, os quais facilitam a infecção (TOKESHI e RAGO, 2016).

2.3.2 Manejo

O manejo da estria vermelha baseia-se principalmente no uso de variedades resistentes, visto que Aaa ainda não possui métodos de controle curativo eficazes. No entanto, a variedade mais cultivada no Brasil, segundo o censo varietal da safra 2023/24, é a RB867515, que é suscetível à estria vermelha (TORRES, 2025), assim como outras cultivares de alto potencial produtivo que, devido à suscetibilidade, não conseguem ampla adoção comercial.

Dessa forma, em áreas com alta fertilidade do solo, recomenda-se priorizar o cultivo de variedades resistentes, enquanto aquelas mais suscetíveis devem ser restritas a solos de menor fertilidade, onde a pressão da doença tende a ser menor. Essa estratégia reforça a importância do mapeamento das propriedades agrícolas com base em características físico-químicas do solo, permitindo um manejo mais racional e regionalizado (TOKESHI e RAGO, 2016).

Estudos proteômicos recentes identificaram 36 proteínas com expressão aumentada em variedades resistentes, indicando potenciais biomarcadores de resistência da cana-de-açúcar à estria vermelha, que podem contribuir

futuramente para programas de melhoramento genético e seleção assistida por marcadores moleculares (ZHOU *et al.*, 2021).

Além do manejo genético, existem alternativas complementares de controle químico e biológico. Produtos à base de cobre vêm apresentando resultados, sobretudo em aplicações preventivas (TORRES, 2025). No controle biológico, cepas de *Bacillus velezensis* têm demonstrado eficácia (TORRES, 2025) por meio da produção de compostos antimicrobianos como difícidina e bacilisina, com registros positivos não apenas para a estria vermelha, mas também para outras doenças bacterianas como a estria bacteriana do arroz (RABBEE *et al.*, 2019).

As intervenções preventivas devem ser priorizadas no início do período chuvoso, quando as condições climáticas se tornam favoráveis à infecção e disseminação do patógeno, como no período de setembro a abril para o Centro-Sul do Brasil (TORRES, 2025). O monitoramento precoce dos sintomas foliares e a remoção de plantas com sintomas severos também são práticas que podem contribuir para a redução do inóculo na área.

2.4 Ecologia de bactérias fitopatogênicas

A ecologia de bactérias fitopatogênicas fornece informações essenciais para compreender o comportamento dos agentes causais das doenças e embasar decisões no manejo integrado. Os diferentes gêneros e espécies bacterianas apresentam nichos de sobrevivência variados, podendo ser encontrados em sementes, partes propagativas, filosfera, rizosfera, no interior

de plantas cultivadas ou invasoras, em restos culturais e no solo (SCHUSTER e COYNE, 1974; LEBEN, 1981; VIDAVER e LAMBRECHT, 2004).

O solo abriga uma imensa diversidade microbiana, incluindo fungos e bactérias, que podem exercer funções benéficas ou prejudiciais ao agroecossistema (VIEIRA e SILVA, 2021). Em uma amostra de 1 cm³ de solo, podem ser encontrados cerca de 10¹⁰ células, embora, em média, 90% das bactérias estejam metabolicamente inativas (LENNON e JONES, 2011). A dormência bacteriana tem importância prática por permitir que essas células sobrevivam a condições ambientais adversas, garantindo a resiliência do microbioma do solo e a rápida retomada de atividades metabólicas essenciais, como a ciclagem de nutrientes, quando as condições se tornam favoráveis (LENNON e JONES, 2011).

Algumas bactérias fitopatogênicas, como o complexo de espécies de *Ralstonia solanacearum* (*Ralstonia pseudosolanacearum*, *R. solanacearum* e *R. syzygii*), *Agrobacterium tumefaciens* e *Streptomyces scabies*, conseguem manter populações estáveis ao longo do tempo (KONG *et al.*, 2023; ERBS e NEWMAN, 2024). No entanto, para muitas outras fitobactérias, a sobrevivência livre no solo é limitada e dependente de fatores ecológicos, como diversidade metabólica, presença de substâncias antimicrobianas, competição por recursos e interação com a comunidade microbiana local (SCHUSTER e COYNE, 1974; FIERER e LENNON, 2011).

A sobrevivência dessas bactérias no solo pode ocorrer em estado hipobiótico, no qual as células apresentam menor sensibilidade a agentes antagônicos e podem permanecer viáveis por longos períodos; pela associação

à rizosfera de plantas hospedeiras, que oferece nutrientes e proteção; ou ainda no estado “viable but nonculturable” (VBNC), em que as células permanecem vivas, mas com baixa atividade metabólica e sem divisão celular (LEBEN, 1981; GIAGNONI *et al.*, 2018). No caso de *Ralstonia solanacearum*, por exemplo, esse estado pode ser induzido por baixas temperaturas no solo, em torno de 4 °C, resultando na perda da capacidade de crescimento em meios de cultura. No entanto, estudos demonstraram que essas células podem ser reativadas pela adição de catalase — uma enzima que quebra espécies reativas de oxigênio acumuladas durante o estresse por frio — permitindo que a bactéria volte a se multiplicar normalmente (KONG *et al.*, 2023). As propriedades físicas e químicas do solo, a presença de organismos antagonistas e as práticas culturais adotadas influenciam diretamente a sobrevivência das fitobactérias (MARTINS *et al.*, 2018).

Muitas espécies conseguem persistir por mais tempo em solos argilosos, pois os agregados de argila retêm umidade e oferecem barreiras protetoras contra microrganismos antagonistas (HATTORI, 1973). Ainda, algumas bactérias formam biofilmes ao redor dos agregados, contribuindo significativamente para sua sobrevivência, pois essas estruturas oferecem proteção contra estresses ambientais (WU *et al.*, 2019). Em experimentos com *X. albilineans*, verificou-se que, em solo estéril, a viabilidade bacteriana foi de 15 dias (AKIBA 1978), embora esses dados ainda não tenham sido confirmados em solos naturais.

Estudos indicam que, em áreas de cultivo intenso de cana-de-açúcar, há alterações na biomassa e diversidade microbiana, com predominância

de Proteobactérias e Actinobactérias (CHEN *et al.*, 2020; PANG, 2021). O filo das Actinobactérias desempenha papel relevante na decomposição de matéria orgânica e na síntese de antibióticos, inibindo patógenos de solo (ZHANG *et al.*, 2017). Já o filo das Proteobactérias está relacionado com microrganismos papel essencial na estabilidade ecológica do solo por meio da ciclagem de nutrientes, especialmente pelo fornecimento de nitrogênio (PANG, 2021). Essa competição ocorre porque o solo é um sistema vivo, no qual os microrganismos disputam espaço, nutrientes e água (PRIYA *et al.*, 2021).

Diversas fitobactérias associadas a doenças foliares em cereais e gramíneas utilizam sementes e restos culturais como principais nichos de sobrevivência, incluindo *Pseudomonas andropogonis* (estria bacteriana do sorgo e milho), *P. avenae* (queimadura foliar em cereais), *P. syringae* pv. *atrofaciens* (podridão basal da gluma do trigo), *P. syringae* pv. *coronafaciens* (queimadura em halo na aveia), *Xanthomonas campestris* pv. *translucens* (manchas em cereais), *X. oryzae* pv. *oryzae* (queimadura foliar do arroz), além da Aaa (estria vermelha ou podridão do topo na cana-de-açúcar) (ERBS e NEWMAN, 2024). Em trabalhos clássicos, Barnum (1925) avaliou a sobrevivência de Aaa no solo no Havaí e verificou que a bactéria poderia persistir por cerca de 40 dias em solo estéril e 32 dias em solos naturais, sendo a redução atribuída à competição microbiana.

Os restos culturais são fontes importantes de inóculo. Por exemplo, *X. oryzae* pv. *oryzae* pode sobreviver de sete a oito meses em sementes e de três a quatro meses em palhada (REDDY, 1972). Já *X. albilineans*, em folhas secas de cana sob condições laboratoriais, sobreviveu por 20 dias (AKIBA, 1978). Além

disso, *X. vasicola* pv. *vasculorum*, agente causal da gomose da cana, apresenta menor viabilidade quando a palhada é incorporada ao solo, acelerando sua decomposição (ORTIZ-CASTRO, 2019). Outra subespécie relevante, *Acidovorax avenae* subsp. *citrulli*, compartilha comportamento ecológico semelhante ao de *Aaa*, sobrevivendo em sementes e restos culturais. Esse patógeno, comum em cucurbitáceas, pode sobreviver por até seis meses em sementes de melão e 12 meses em sementes de melancia, em condições laboratoriais (OLIVEIRA *et al.*, 2001; HOPKINS *et al.*, 1996).

Por fim, algumas fitobactérias utilizam a fase epifítica como estratégia de sobrevivência, multiplicando-se na superfície de folhas e raízes de plantas cultivadas ou invasoras, mesmo sem causar infecção, alimentando-se dos exsudatos do hospedeiro (SCHUSTER e COYNE, 1974; KIMURA, 1981). Para *Aaa*, já foram registrados hospedeiros como milho (*Zea mays*), arroz (*Oryza sativa*), aveia comum (*Avena sativa*), milheto (*Pennisetum americanum*), milho-miúdo (*Panicum miliaceum*), além das espécies *Canna indica* e *Canna paniculata* (MALAVOLTA *et al.*, 2008; GIORDANO *et al.*, 2012).

Diante da ampla diversidade de estratégias de sobrevivência adotadas por bactérias fitopatogênicas, torna-se evidente a relevância do conhecimento ecológico desses microrganismos para o desenvolvimento de práticas de manejo mais eficazes. A capacidade de persistência em diferentes nichos, como solo, resíduos culturais, sementes e superfícies vegetais, amplia significativamente as fontes de inóculo primário entre ciclos da cultura, representando um desafio adicional ao controle fitossanitário.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Isolado bacteriano, condições de cultivo, caracterização e preservação

Para os experimentos de sobrevivência de *Aaa* no solo, foi utilizado um isolado previamente selecionado por sua resistência a $100\text{ }\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$ de rifampicina, obtido a partir de um isolado padrão do Laboratório de Fitopatologia do Departamento de Fitossanidade da FCAV/UNESP, isolado de folhas de plantas com sintomas de estria vermelha provenientes de áreas comerciais do estado de São Paulo. Esse isolado foi selecionado conforme descrito por Silva Júnior *et al.* (2012).

O isolado utilizado possui características morfo culturais idênticas à *Aaa*, descritas por Schaad *et al.* (2001), e sua patogenicidade foi verificada em mudas pré-brotadas de cana-de-açúcar da variedade RB 127825, aonde sua inoculação reproduziu sintomas típicos de estria vermelha em sua totalidade. Para todas as etapas do projeto, o isolado padrão foi cultivado em meio nutriente sacarose ágar (NSA), enquanto o isolado resistente à rifampicina foi cultivado em meio NSAR (meio NSA suplementado com $0,1\text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ de rifampicina) e incubado em estufa tipo BOD a $28\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 48 a 72 horas.

Após o cultivo, o isolado foi preservado em suspensão com 30% de glicerol (v/v) e armazenado em ultrafreezer a $-80\text{ }^{\circ}\text{C}$ no Laboratório de Genética de Bactérias e Biotecnologia Aplicada (LGBBA).

3.2. Sobrevivência em solo de *Acidovorax avenae* subsp. *avenae*

Seis experimentos (Experimentos 1 a 6) foram conduzidos para avaliar a sobrevivência de *Aaa* em diferentes tipos de solos. Os Experimentos 1 a 3 foram

realizados sob condições controladas de laboratório, enquanto os Experimentos 4 a 6 foram conduzidos em ambiente natural de campo. As metodologias adotadas para a instalação e condução dos experimentos foram baseadas em Silva Júnior *et al.* (2012) e Nascimento *et al.* (2022).

Solos provenientes de cinco áreas de cultivo de cana-de-açúcar foram coletados, e suas características físico-químicas foram determinadas por análises laboratoriais realizadas na empresa DMLab (Ribeirão Preto/SP) conforme descrito na Tabela 1.

Tabela 1. Locais de coleta e característica físico-químicas dos solos utilizados nos experimentos de sobrevivência.

Solo	Cidade	Textura	pH	Matéria orgânica (g·dm ⁻³)
1	Jaboticabal/SP	Argiloso	5,2	23
2	Taquaritinga/SP	Franco argilo arenoso	6,5	23
3	Jaboticabal/SP	Franco argilo arenoso	5,4	17
4	Ubarana/SP	Franco arenoso	6,0	11
5	Altinópolis/SP	Franco argilo arenoso	5,3	25

Os solos foram previamente peneirados (malha 8), secos em casa de vegetação por 7 dias e armazenados em caixas plásticas com capacidade para 50 L. A parte superior das caixas foi vedada com folhas de papel kraft e os solos permaneceram armazenados até a instalação dos experimentos.

Nos experimentos realizados em condição controlada de laboratório, copos de polietileno de 50 mL foram preenchidos com 50 g de solo, sendo utilizados 28 repetições por tratamento. Cada unidade experimental recebeu 12 mL de suspensão bacteriana contendo 10⁷ UFC·mL⁻¹ do isolado resistente à rifampicina, ajustando-se a umidade do solo aproximadamente à capacidade de

campo. Os copos foram vedados com papel-alumínio e mantidos em uma sala no Laboratório de Fitopatologia do Departamento de Fitossanidade da FCAV/UNESP, com acompanhamento da temperatura ambiente por meio de termo-higrômetro.

Nos experimentos de campo, foram utilizados vasos de polipropileno com capacidade de 1 L, preenchidos com 700 g de solo, com cinco repetições por tratamento. Os vasos foram distribuídos em área experimental com espaçamento de 30 cm entre si. Cada vaso foi infestado com 270 mL da mesma suspensão bacteriana (10^7 UFC·mL⁻¹).

A amostragem dos solos foi realizada no dia da instalação e a cada 7 dias, durante um período total de 70 dias. O período de sobrevivência foi considerado até a última amostragem em que Aaa foi recuperada, desde que ausente em duas amostragens consecutivas subsequentes.

Em cada avaliação, foram coletadas amostras compostas de solo: 20 g provenientes da mistura de cinco vasos (condição de campo) e duas unidades de 50 g (condição de laboratório). As amostras foram transferidas para beakers plásticos de 250 mL e homogeneizadas para posterior quantificação da população bacteriana.

A quantificação foi realizada em meio NSARF (NSAR suplementado com 50 µg·mL⁻¹ de clorotalonil e 50 µg·mL⁻¹ de tiofanato metílico). A confirmação da presença de Aaa foi feita com base nas características de colônia descritas no item 3.1, e os isolados recuperados foram preservados em suspensão de 30% de glicerol (v/v) a -80 °C.

3.3. Processamento das amostras de solo

Para o processamento, 5 g de cada amostra composta foram transferidos para frascos de Duran de 250 mL contendo 50 mL de água destilada esterilizada por autoclavagem. Os frascos foram colocados em mesa agitadora a 300 rpm por 30 minutos, seguidos de um período de repouso de 30 minutos para sedimentação do material sólido.

As suspensões obtidas foram então submetidas a diluições seriadas decimais, de 10^0 a 10^{-4} , transferindo-se alíquotas de 100 μL para microtubos contendo 900 μL de água destilada autoclavada. Em seguida, 100 μL de cada diluição foram plaqueados em meio NSARF, suplementado com chlorothalonil ($0,005 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$) e tiofanato metílico ($0,005 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$), conforme Silva *et al.* (2017).

Os plaqueamentos foram incubados em estufa tipo BOD a 28°C , e as colônias com características morfológicas semelhantes às descritas para Aaa foram quantificadas. Os dados foram expressos como unidades formadoras de colônia por grama de solo seco ($\text{UFC}\cdot\text{g}^{-1}$).

Como controle positivo, suspensões bacterianas do isolado de Aaa foram misturadas a amostras de solo estéril e plaqueadas sob as mesmas condições.

3.4. Coleta de dados climáticos e teores de umidade dos solos

Os dados climáticos referentes aos experimentos conduzidos em condição de campo (Experimentos 4, 5 e 6), como temperatura máxima, média e mínima, além da precipitação, foram obtidos a partir de uma estação meteorológica localizada a aproximadamente 700 metros da área experimental. Para os experimentos realizados em condição controlada (Experimentos 1, 2 e

3), as temperaturas foram monitoradas por meio de um termo-higrômetro posicionado no interior do laboratório.

A umidade das amostras de solo foi determinada a cada período de amostragem utilizando uma balança determinadora de umidade (Marte Científica, modelo ID200, São Paulo – SP).

3.5. Delineamento experimental e análise dos dados

O delineamento experimental foi em blocos ao acaso. Os experimentos 1, 2 e 3 foram constituídos de cinco tratamentos (5 tipos de solo inoculados com 1 isolado bacteriano) em condição de laboratório x 28 repetições x 11 datas de amostragem. Já os experimentos 4, 5 e 6, em condições naturais de campo, foram constituídos também de cinco tratamentos x 5 repetições por tratamento x 11 datas de amostragem.

Os dados gerados nos experimentos referiram-se ao período médio de sobrevivência de *Aaa* e à área abaixo da curva (AAC), obtidos para cada tipo de solo. O período médio de sobrevivência foi determinado com base no tempo máximo em que a bactéria foi recuperada nas avaliações realizadas a cada sete dias, considerando o término quando não houve recuperação por dois períodos consecutivos. Já a AAC foi calculada aplicando o método do trapézio sobre os valores de unidades formadoras de colônia (UFC·g⁻¹) registrados ao longo do tempo, permitindo quantificar a dinâmica populacional da bactéria durante os experimentos.

Os resultados obtidos foram organizados em tabelas descritivas, apresentando e comparando os valores médios entre os tratamentos. As

interpretações foram feitas com base nas diferenças observadas nos valores médios, identificando os solos e o ambiente que apresentaram maior ou menor capacidade de manter populações de *Aaa*, mesmo na ausência de análises estatísticas formais. Esse enfoque permitiu compreender os padrões de sobrevivência do patógeno sob diferentes contextos ambientais.

3.6. Caracterização de isolados de *Acidovorax avenae* subsp. *avenae*

Para confirmação dos períodos de sobrevivência de *Aaa*, em todos os períodos de avaliação, exceto no dia da instalação, foram selecionadas quatro colônias de cada tratamento, ou menos em casos de crescimento em quantidade inferior. Esses isolados foram cultivados em meio nutriente sacarose ágar (NSA) (28 °C/72 h) para posterior teste de patogenicidade.

Para o teste de patogenicidade foram utilizadas MPB de cana-de-açúcar da variedade RB 127825 transplantadas (com cinco a seis folhas) para vasos de cinco litros. As plantas foram inoculadas através da injeção de suspensão bacteriana (10^7 UFC·mL⁻¹) dos isolados no mesofilo foliar. Foi inoculado um isolado por planta, com a injeção em quatro folhas. As plantas foram mantidas em casa de vegetação (temperaturas variando entre 22 e 28 °C e umidade relativa entre 70-90%) e avaliadas quanto à presença de sintomas típicos de estria vermelha 10 dias após a inoculação. Após a avaliação foram confirmados os períodos de sobrevivência de *Aaa* nos solos em todos os experimentos.

4. RESULTADOS

4.1. Experimentos em laboratório

No experimento 1, observou-se que a sobrevivência de *Aaa* variou entre os diferentes tipos de solo testados (Tabela 2). O solo 4 apresentou maior persistência da bactéria (49 dias) e a maior área abaixo da curva (AAC = 152,0). Nos demais solos, a sobrevivência média foi de 21 dias, com AAC entre 100,8 e 110,1 (Tabela 2). Esses resultados sugerem que, mesmo em condições controladas, há limites naturais para a sobrevivência do patógeno na ausência da planta hospedeira.

No experimento 2, os solos 1, 2 e 5 mantiveram comportamentos semelhantes, com período de sobrevivência de *Aaa* de 35 dias e valores de área abaixo da curva (AAC) próximos, destacando-se o solo 5 com leve superioridade (AAC = 124,9) (Tabela 2). As maiores variações em relação ao experimento anterior foram observadas nos solos 3 e 4 (Tabela 2). O solo 3 apresentou o maior tempo de persistência da bactéria, com 56 dias e AAC de 196,5, enquanto o solo 4 mostrou redução significativa, com sobrevivência limitada a apenas 14 dias (Tabela 2).

O experimento 3 foi o último em condição de laboratório, neste os solos 4 e 5 apresentaram semelhança, com o solo 4 obtendo valores mais próximos ao experimento 1, com 42 dias de persistência da bactéria. Essa proximidade com o primeiro experimento também ocorreu no solo 1 e 3, com períodos de sobrevivência de 21 e 28 dias respectivamente. Além disso, o solo 2 sofreu baixas variações entre os três experimentos.

Tabela 2. Períodos de sobrevivência de *Acidovorax avenae* subsp. *avenae* em solo e área abaixo da curva (AAC), nos experimentos 1, 2 e 3.

Solo	Experimento 1		Experimento 2		Experimento 3	
	Período	AAC	Período	AAC	Período	AAC
1	21	106,7	35	113,1	21	88,1
2	21	100,8	35	112,5	35	114,8
3	21	110,1	56	196,5	28	113,9
4	49	152,0	14	76,5	42	120,9
5	21	106,8	35	124,9	42	125,6

As temperaturas registradas nos experimentos em condição controlada de laboratório (Tabela 3) variaram entre 26,4 °C e 30,2 °C de média, com picos de máxima acima de 36 °C em alguns períodos. Apesar de ocorrerem pequenas flutuações entre os experimentos, as condições térmicas permaneceram, de modo geral, dentro da faixa ideal para o crescimento de *Aaa*, o que pode ter favorecido sua persistência no solo (Tabela 3).

Tabela 3. Temperaturas média, máxima e mínima registradas nos experimentos conduzidos em laboratório, monitoradas com termo-higrômetro.

Período	Experimento 1			Experimento 2			Experimento 3		
	Temperatura (°C)			Temperatura (°C)			Temperatura (°C)		
	Média	Máxima	Mínima	Média	Máxima	Mínima	Média	Máxima	Mínima
0-7	29,7	31,1	24,2	27,7	29,8	26,0	26,7	34,3	25,8
8-14	30,2	35,4	25,1	28,9	30,7	26,3	27,3	36,7	25,7
15-21	29,0	36,7	24,1	29,0	33,6	25,5	28,3	34,1	25,7
22-28	29,6	37,5	25,8	29,2	32,3	25,4	30,2	31,7	27,3
29-35	27,7	29,8	26,0	28,6	35,8	25,2	28,5	32,7	27,0
36-42	28,9	30,7	26,3	28,8	37,5	26,8	28,9	31,1	26,2
43-49	29,0	33,6	25,5	28,7	37,4	26,5	28,4	31,3	25,3
50-56	29,2	32,3	25,4	28,4	36,5	25,9	28,0	29,5	26,5
57-63	28,6	35,8	25,2	26,4	36,8	25,6	28,1	29,1	25,0
64-70	28,8	37,5	26,8	29,3	37,4	25,5	28,5	29,4	25,0

4.2. Experimentos em condições naturais de campo

O experimento 4 foi conduzido no mesmo período que o experimento 1, porém sob condições naturais de campo. Neste experimento, apesar dos solos 1 e 2 apresentarem períodos de sobrevivência da bactéria semelhantes aos observados em laboratório na mesma época, nota-se que a AAC foi inferior, com valores de 90,7 e 78,8, respectivamente, sendo semelhante também ao solo 4 (Tabela 4). O solo 5 apresentou a menor persistência da bactéria, com recuperação observada apenas até 7 dias após a instalação (Tabela 4). Por outro lado, o solo 3 proporcionou maior capacidade de sobrevivência, com um período de 42 dias e AAC de 115,5 (Tabela 4).

O experimento 5 foi aquele em que se observou a menor persistência da bactéria no solo, com sobrevivência inferior a 7 dias nos solos 1, 2 e 4, e de 14 dias nos solos 3 e 5 (Tabela 4).

O experimento 6 mostra comportamentos semelhantes entre o solo 1, 4 e 5, com períodos de sobrevivência de 35 dias com altos valores de AAC, com leve superioridade no solo 1 com AAC de 130,8. A média de AAC nesse experimento foi maior do que todos os outros, mostrando uma persistência da bactéria no solo em quantidades consideráveis. O solo 2 e 3 proporcionou uma persistência de uma semana a mais, de 42 dias.

Tabela 4. Períodos de sobrevivência de *Acidovorax avenae* subsp. *avenae* em solo e área abaixo da curva (AAC), nos experimentos 4, 5 e 6.

Solo	Experimento 4		Experimento 5		Experimento 6	
	Período	AAC	Período	AAC	Período	AAC
1	28	90,7	<7	-*	35	89,04
2	21	78,8	<7	-	42	142,8
3	42	115,5	14	55,3	42	138,2
4	21	75,3	<7	-	35	81,27
5	7	44,7	14	54,4	35	97,05

-*: ausência de área abaixo da curva.

A Tabela 5 evidencia que a elevada precipitação registrada nas três primeiras semanas do experimento 5 — com acumulados superiores a 150 mm em dois períodos consecutivos — coincidiu com a menor sobrevivência de Aaa no solo. Em contraste, no experimento 4, conduzido sob menores volumes de chuva (com duas semanas abaixo de 20 mm), observou-se maior persistência da bactéria, com destaque para o solo 3, onde Aaa foi detectada até 42 dias. Evidenciando ainda mais a importância da precipitação, o experimento 6 foi o

que apresentou maior persistência de Aaa no solo, conduzido em períodos de menor precipitação, com duas semanas consecutivas com acumulados inferiores à 2 mm. As temperaturas médias se mantiveram semelhantes entre os experimentos (23,8 °C a 25,2 °C), reforçando que a precipitação foi o fator ambiental mais decisivo na dinâmica de sobrevivência da bactéria em campo.

Tabela 5. Temperaturas média, mínima, máxima e precipitação acumulada nos experimentos de campo, com dados da estação agroclimatológica da FCAV.

Período	Experimento 4				Experimento 5				Experimento 6			
	Temperatura (°C)			Precipitação (mm)	Temperatura (°C)			Precipitação (mm)	Temperatura (°C)			Precipitação (mm)
	Média	Mínima	Máxima		Média	Mínima	Máxima		Média	Mínima	Máxima	
0-7	23,8	18,1	29,7	54,6	24,7	18,7	30,9	57,4	22,8	19,6	27,2	154,1
8-14	24,3	18,4	30,5	5,7	24,9	18,8	31,0	119,3	24,6	19,2	31,2	31,8
15-21	24,0	18,0	29,9	88,8	25,2	19,0	31,3	155,3	25,9	20,6	33,0	28,7
22-28	24,5	18,6	30,8	16,4	25,0	18,9	31,1	36,9	26,3	20,2	33,2	1,5
29-35	24,7	18,7	30,9	57,4	-	-	-	-	25,9	19,9	32,5	1,7
36-42	24,9	18,8	31,0	119,3	-	-	-	-	25,6	20,0	32,6	21
43-49	25,2	19,0	31,3	155,6	-	-	-	-	25,3	20,4	32,8	41,5
50-56	25,0	18,9	31,1	36,9	-	-	-	-	23,9	18,9	30,3	12,9
57-63	-*	-	-	-	-	-	-	-	25,1	20,5	31,6	7,3
63-70	-	-	-	-	-	-	-	-	23,1	18,2	30,0	22,1

*- : dados não coletados

5. DISCUSSÃO

Os resultados deste trabalho representam os primeiros registros sobre os períodos de sobrevivência de *Aaa* em solos sob condições edafoclimáticas brasileiras. Dentro do período de avaliação, observou-se que *Aaa* apresenta um potencial intermediário de sobrevivência em condições saprofíticas, com médias gerais semelhantes às obtidas por Barnum (1925), que relatou períodos de 32 dias em solos não estéreis e 40 dias em solos estéreis no Havaí. Tais dados reforçam a hipótese de que a microbiota do solo exerce influência direta na persistência da bactéria. As variações observadas entre os experimentos deste trabalho também indicam a atuação de fatores ecológicos, como diversidade metabólica, substâncias antimicrobianas, competição por recursos e interações com a comunidade microbiana local (FIERER e LENNON, 2011).

Todos os solos utilizados foram coletados em áreas cultivadas com cana-de-açúcar, onde cultivos sucessivos podem alterar a microbiota edáfica, favorecendo a predominância de Actinobactérias, conhecidas por sintetizar antibióticos e inibir patógenos (PANG, 2021). Esse contexto reforça a hipótese de que solos com maior atividade de microrganismos antagonistas oferecem menor suporte à sobrevivência de *Aaa*.

Sob condições controladas de laboratório, a bactéria sobreviveu por até 56 dias, o que é considerável para uma bactéria que não forma esporos. Essa persistência variou entre os diferentes solos, evidenciando o papel de fatores como pH, textura e teor de matéria orgânica na viabilidade de *Aaa*, como também relatado para outras fitobactérias (SILVA JÚNIOR et al., 2020; GAZDIK et al., 2021). Contudo, o efeito isolado da textura do solo não foi suficiente para explicar

as variações de sobrevivência da bactéria, diferentemente do observado para *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*, que persiste por mais tempo em solos argilosos, onde há maior retenção de umidade e proteção contra agentes antagonistas (HATTORI, 1973; NASCIMENTO et al., 2022).

Em quatro dos seis experimentos conduzidos, o solo 3 apresentou os maiores períodos de persistência de Aaa. Embora o solo 1 seja classificado como argiloso e apresente maior teor de matéria orgânica, o solo 3, classificado como franco argilo arenoso e com menor teor de matéria orgânica, pode ter favorecido a bactéria ao proporcionar um equilíbrio entre retenção de umidade e menor atividade de microrganismos antagonistas. Esse achado destaca a relevância da matéria orgânica como um fator potencialmente supressivo ao patógeno, corroborando Bettiol et al. (2023).

Em contrapartida, os experimentos de campo evidenciaram a forte influência das chuvas sobre a persistência do patógeno. Aaa apresentou os menores períodos de sobrevivência no experimento 5, que coincidiu com elevados índices pluviométricos, mais de 150 mm em duas semanas consecutivas, com detecção inferior a sete dias em alguns solos. A lixiviação excessiva e o aumento da atividade microbiana heterotrófica, provocados pela alta umidade, podem ter acelerado a eliminação do patógeno no ambiente. Esse comportamento é semelhante ao observado para *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens*, cuja população no solo é reduzida por volumes elevados de precipitação, o que pode estar relacionado ao encharcamento e à consequente limitação da disponibilidade de oxigênio,

aumentando a competição microbiana (HATTORI, 1973; NASCIMENTO et al., 2022).

Tanto nas condições de laboratório quanto nas de campo, as variações de temperatura não se mostraram significativas, e, portanto, não explicam as diferenças nos períodos de sobrevivência de *Aaa*. Embora existam relatos de influência da temperatura em estudos com outras fitobactérias, como *Xanthomonas phaseoli* pv. *phaseoli*, que apresenta maior persistência a 15 °C (NASCIMENTO et al., 2024), esse fator não foi determinante neste estudo.

A precipitação destacou-se como principal fator ambiental na dinâmica de sobrevivência. As características físico-químicas dos solos, embora não sejam determinantes isoladas, contribuem para a atividade de microrganismos antagonistas e para a criação de ambientes menos favoráveis à sobrevivência do patógeno. Contudo, a manipulação de qualquer uma dessas propriedades pode afetar as demais, o que dificulta a identificação de um único fator como responsável pela supressividade observada (BETTIOL et al., 2023).

Em síntese, os resultados deste trabalho, ao serem os primeiros a registrar os períodos de sobrevivência de *Aaa* em solos sob condições edafoclimáticas brasileiras, oferecem contribuições significativas para a epidemiologia da estria vermelha. A identificação da precipitação pluviométrica como um fator crítico na dinâmica de sobrevivência do patógeno em campo, juntamente com a influência das características físico-químicas do solo e da microbiota edáfica na sua persistência, reforça a necessidade de estratégias de manejo integrado. Tais informações são valiosas para a tomada de decisões, como o planejamento do plantio em áreas com histórico da doença, a escolha

de cultivares com maior nível de resistência e o manejo do solo visando a promoção de condições supressivas, auxiliando na mitigação dos impactos da estria vermelha na cultura da cana-de-açúcar.

6. CONCLUSÃO

Os resultados obtidos neste trabalho contribuem de maneira significativa para o entendimento da ecologia de *Aa* em solos de áreas canavieiras, reforçando a importância de considerar as condições ambientais e as características edáficas no manejo da estria vermelha. A constatação de que a precipitação pluviométrica influencia diretamente a sobrevivência do patógeno em campo, com menor persistência observada em períodos de chuvas intensas, mostra que o momento da instalação do canavial pode ser decisivo. Assim, o planejamento do plantio em períodos de menor precipitação ou em áreas com boa drenagem pode auxiliar na redução do inóculo inicial da bactéria no solo, contribuindo para o manejo integrado da doença.

Além disso, a persistência prolongada de *Aa* em solos com menor teor de matéria orgânica e textura franco argilo arenosa indica que essas condições podem favorecer a sobrevivência do patógeno. Isso reforça a importância de práticas agrícolas que estimulem a atividade microbiana benéfica, como a adição de matéria orgânica ou o uso de cultivos intercalados com plantas que promovam a supressividade do solo. As informações obtidas neste estudo podem ser utilizadas como subsídio técnico para orientar a escolha de cultivares mais resistentes, o monitoramento da área e a adoção de medidas preventivas, como o controle biológico e químico nas fases mais favoráveis ao patógeno, especialmente no início do período chuvoso. Dessa forma, o conhecimento gerado oferece suporte prático para decisões mais eficazes no controle da estria vermelha da cana-de-açúcar.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AKIBA, F. **Isolamento, inoculação e sobrevivência de *Xanthomonas albilineans* e avaliação de resistência à escaldadura das folhas em cana-de-açúcar.** Dissertação de Mestrado, Universidade de São Paulo, 1978, Piracicaba.

ALMEIDA, I.M.G. Doenças causadas por bactéria. In: DINARDO-MIRANDA, L.L.; VASCONCELOS, A.C.M.; LANDELL, M.G.A. **Cana-de-açúcar.** Campinas: Instituto Agrônômico, 2010. p. 437-450.

AMARAL, A. L.; SANTOS, J. M.; BARBOSA, G. V. S. Denominação de cultivares de cana-de-açúcar como suporte à documentação e utilização do germoplasma conservado. Aracaju; **Embrapa Tabuleiros Costeiros**, 2015. 31 p. ISSN 1678-1953; 196.

BABU, K. S. D.; JANAKIRAMAN, V.; PALANISWAMY, H.; KASIRAJAN, L.; GOMATHI, R.; RAMKUMAR, T. R. Uma breve revisão sobre a cana-de-açúcar: sua domesticação, manipulações moleculares e perspectivas futuras. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 13, 2022.

BAILEY, R.; TOUGH, S. Rapid spread of ratoon stunting disease during manual harvesting of sugarcane and the effect of knife cleaning on the rate of spread. In: **PROCEEDINGS OF THE SOUTH AFRICAN SUGAR TECHNOLOGISTS' ASSOCIATION**, 1992. p. 78-81.

BAILEY, R.; TOUGH, S. Ratoon stunting disease: Survival of *Clavibacter xyli* subsp. *xyli* in field soil and its spread to newly planted sugarcane. In: **PROCEEDINGS OF THE SOUTH AFRICAN SUGAR TECHNOLOGISTS' ASSOCIATION**, 1992. p. 75-77.

BARNUM, C. C. The activities of the red-stripe organism in the soil. Red-Stripe Disease Studies. Hawaii: **Sugar Plant. Assoc. Exp. Stn**, Pathol. Dept., p. 49-64, 1925.

BETTIOL, G. M. *et al.* **Entendendo a matéria orgânica do solo.** Brasília, DF: Embrapa, 2023.

BINI, A. P.; DUARTE SERRA, M. C.; PASTORE, I. F.; BRONDI, C. V.; CAMARGO, L. E. A.; MONTEIRO-VITORELLO, C. B.; VAN SLUYS, M.; ROSSI, G. D.; CRESTE, S.. Transmission of *Xanthomonas albilineans* by the spittlebug, *Mahanarva fimbriolata* (Hemiptera: Cercopidae), in Brazil: first report of an insect vector for the causal agent of sugarcane leaf scald. **Journal of Insect Science**, v. 23, n. 6, p. 28, nov. 2023. DOI: 10.1093/jisesa/iead116.

BIRCH, R. G. *Xanthomonas albilineans* and the antipathogenesis approach to disease control. **Molecular Plant Pathology**, v. 2, n. 1, p. 1–11, 2001.

BRAGA JR., R. L. C.; LANDELL, M. G. A.; XAVIER, M. A.; KANTHACK, R.A.D.; SILVA, D. N.; BIDÓIA, M. A. P.; SILVA, T. N.; SILVA, V. H. P.; RODRIGUES, P. E.; CARREGARI, H. R.; ANJOS, I. A. **Censo varietal IAC de cana-de-açúcar no Brasil - Safra 2023/24**. Campinas: Instituto Agronômico, 2024. n. 241. (Boletim Técnico IAC, 235).

BRUMBLEY, S. M.; PETRASOVITS, L. A.; HERMANN, S. R.; YOUNG, A. J.; CROFT, B. J. Recent advances in the molecular biology of *Leifsonia xyli* subsp. *xyli*, causal organism of ratoon stunting disease. **Australasian Plant Pathology**, v. 35, p. 681-689, 2006.

CHAKRABORTY, M.; SODA, N.; STRACHAN, S.; NGO, C. N.; BHUIYAN, S. A.; SHIDDIKY, M. J. A.; FORD, R. Ratoon stunting disease of sugarcane: A review emphasizing detection strategies and challenges. **Phytopathology**, v. 114, n. 1, p. 7-20, 2024.

CHEN, M. *et al.* Long-term continuous monocropping of peanut significantly changed the abundance and composition of soil bacterial communities. **Science of the Total Environment**, v. 728, p. 138278, 2020. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2020.138278. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.138278>.

CLAFLIN, L.E.; RAMUNDO, B.A.; LEACH, J.E.; ERINLE, I.D. *Pseudomonas avenae*, causal agent of bacterial leaf stripe of pearl millet. **Plant Disease**. v. 73, p. 1010-1014, 1989.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO – CONAB. **Acompanhamento da safra brasileira de cana-de-açúcar**, v.11 – safra 2023/24 – quarto levantamento, Brasília, abril 2024.

ERBS, G.; NEWMAN, M. Plant diseases caused by prokaryotes: Bacteria and mollicutes. In: OLIVER, R. P. (Ed.). **Agrios' Plant Pathology**. 6. ed. San Diego: Academic Press, 2024.

FAVA NEVES, M.; KALAKI, R.B. **Bioenergy from sugarcane**. 1.ed. - Guariba, SP. Socicana, 2020.

FIERER, N.; LENNON, J. T. The generation and maintenance of diversity in microbial communities. **American Journal of Botany**, v. 98, n. 3, p. 439–448, 1 mar. 2011.

FONTANA, P. D.; TOMASINI, N.; FONTANA, C. A.; DI, P. V.; COCCONCELLI, P. S.; VIGNOLO, G. M.; *et al.* MLST reveals a separate and novel clonal group for *Acidovorax avenae* strains causing red stripe in sugarcane from Argentina. **Phytopathology**, v. 109, n. 3, p. 358-365, 2019. DOI: 10.1094/PHYTO-08-18-0303-R.

GARCIA, F. H. S.; DANELUZZI, G. S.; MAZZAFERA, P.; DE ALMEIDA, M.; NYHEIM, S.; AZEVEDO, R. A.; KIRCH, J. L.; MARTINS, S. J.; KLUGE, R. A. Ratoon stunting disease (*Leifsonia xyli* subsp. *xyli*) affects source-sink relationship in sugarcane by decreasing sugar partitioning to tillers. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v. 116, 2021.

GAZDIK, F. *et al.* Persistence of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* in field soil in Central Europe. **Microorganisms**, Basel, v. 9, n. 3, p. 591, 2021. DOI: <https://doi.org/10.3390/microorganisms9030591>. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2076-2607/9/3/591>.

GIAGNONI, L.; ARENELLA, M.; GALARDI, E.; NANNIPIERI, P.; RENELLA, G. Bacterial culturability and the viable but non-culturable (VBNC) state studied by a proteomic approach using an artificial soil. **Biology and Fertility of Soils**, v. 54, p. 1–12, 2018. DOI: 10.1007/s00374-018-1302-2.

GIORDANO, P.R.; CHAVES, A.M.; MITKOWSKI, N.A.; VARGAS, J.M. *et al.* Identification, characterization, and distribution of *Acidovorax avenae* subsp. *avenae* associated with creeping bentgrass etiolation and decline. **The American Phytopathological Society**, v. 96, n. 12, p. 1736- 1742, 22 jun. 2012.

GITAITIS, R.D.; SAMUELSON, D.A.; STRANDBERG, J.O. Scanning electron microscopy of the establishment of *Pseudomonas alboprecipitans* in sweet corn leaves. **Phytopathology**, v. 71, p. 171- 175, 1981.

GRILLO, H.V.S.; AZEVEDO, N. **On the Red Stripe of sugarcane in Brazil**. In: INTERNATIONAL SOCIETY OF SUGAR CANE TECHNOLOGISTS CONGRESS, 6., 1938, Baton Rouge. Proceedings. Baton Rouge: ISSCT, 1939. p. 428-430

HATTORI, T.; KÜSTER, E. Microbial Life in the Soil; an Introduction. **Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde**, v. 136, n. 3, p. 248–249, 1 jan. 1973.

HOORMAN, J. J.; ZHANG, H.; WANG, R.; CHEN, S.; QI, G.; HE, Z.; ZHAO, X. Microbial taxa and functional genes change in degraded soil with bacterial wilt. **Scientific Reports**, v. 7, p. 39911, 2017. DOI: 10.1038/srep39911.

HOPKINS, D.L.; CUCUZZA, J.D.; WATTERSON, J.C. Wet seed treatments for the control of bacterial fruit blotch of watermelon. **Plant Disease**, v. 80, p. 529-532, 1996.

HUGHES, C.; STEINDL, D. **Some further developments in the study of ratoon stunting disease**. Queensland. In: PROCEEDINGS OF THE INTERNATIONAL SOCIETY OF SUGAR CANE TECHNOLOGISTS, 1956. p. 1012-1022.

JOHNSON, R. M.; GRISHAM, M. P.; WARNKE, K. Z.; MAGGIO, J. R. Relationship of Soil Properties and Sugarcane Yields to Red Stripe in Louisiana.

Phytopathology, v. 106, n. 8, p. 872-879, 2016. DOI: 10.1094/PHYTO-09-15-0218-R.

JOHNSON, S.; TYAGI, A. P. Effect of ratoon stunting disease (RSD) on sugarcane yield in Fiji. **South Pacific Journal of Natural and Applied Sciences**, v. 28, p. 69-73, 2010.

KIMURA, O. Importância das populações "residentes" de fitobactérias na epidemiologia de enfermidades bacterianas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 6, n. 3, p. 310-311, 1981.

KONG, C.; WICKRAMASINGHE, K. P.; XU, C.; MAO, J.; LIU, H.; KUMAR, T.; LIN, X.; LI, X.; TIAN, C.; ZHAO, P.; LU, X. Recent Advances in Sugarcane Leaf Scald Disease: Pathogenic Insights and Sustainable Management Approaches. **Plants**, v. 14, n. 4, art. 508, 2025. DOI: 10.3390/plants14040508.

KONG, H. G. *et al.* Induction of the Viable but Nonculturable State of *Ralstonia solanacearum* by Low Temperature in the Soil Microcosm and Its Resuscitation by Catalase. **Microorganisms**, v. 11, n. 1, 2023. DOI: <https://doi.org/10.3390/microorganisms11010169>.

LANDELL, M. G. A. *et al.* **Sistema de multiplicação de cana-de-açúcar com uso de mudas pré-brotadas (MPB), oriundas de gemas individualizadas**. Campinas: Instituto Agrônomo, 2012. (Documentos IAC, 109). Disponível em: https://www.iac.sp.gov.br/publicacoes/downloads/pdf/doc_109.pdf.

LEBEN, C. How Plant-Pathogenic Bacteria Survive. **Plant Disease**, v. 65, n. 8, p. 633, 1981.

LENNON, J. T.; JONES, S. E. Microbial seed banks: the ecological and evolutionary implications of dormancy. **Nature Reviews Microbiology**, v.9, n.2, p.119–130, 2011. DOI: 10.1038/nrmicro2504.

MARTINS, P. M. M. *et al.* Persistence in Phytopathogenic Bacteria: Do We Know Enough? *Frontiers in microbiology*, v. 9, p. 1099, 2018. **Microbiological Methods**, v. 185, p. 106215, 2021.

NADEEM, A. **Screening of sugarcane germplasm against red stripe disease in relation to epidemiological factors in Faisalabad**. 2016. Tese (Mestrado em Agricultura) – University of Agriculture, Faisalabad.

NASCIMENTO, D. M. *et al.* Survival of *Curtobacterium flaccumfaciens* pv. *flaccumfaciens* from soybean and common bean in soil. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 162, p. 971–979, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10658-021-02451-0>. Disponível em: <http://hdl.handle.net/11449/223294>.

NASCIMENTO, D. M.; OLIVEIRA, L. R.; GÉA, B. C. C. *et al.* Survival of *Xanthomonas phaseoli* pv. *phaseoli* in the soil and the phyllosphere and rhizosphere of crops and weeds. **Plant and Soil**, [S. I.], 2024.

OLIVEIRA, I. S.; JÚNIOR, R. S.; MARIANO, R. L. R. *Acidovorax avenae* subsp. *citrulli*: método de isolamento e transmissão por sementes. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 26, p. 302, 2001.

ORTIZ-CASTRO, M. C. **Understanding the disease ecology of the corn bacterial leaf streak pathogen *Xanthomonas vasicola* pv. *vasculorum***. 2019. Tese (Doutorado) – Colorado State University, Fort Collins, Colorado.

PANG, Z. *et al.* Soil metagenomics reveals effects of continuous sugarcane cropping on the structure and functional pathway of rhizospheric microbial community. **Frontiers in Microbiology**, v. 12, p. 369, 2021. DOI: 10.3389/fmicb.2021.756541. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.756541>.

PIERETTI, I.; PESIC, A.; PETRAS, D.; ROYER, M.; SÜSSMUTH, R. D.; COCIANCICH, Stéphane. What makes *Xanthomonas albilineans* unique amongst xanthomonads? **Frontiers in Plant Science**, [S.I.], v. 6, p. 1–8, 2015

PRIYA, P.; ANEESH, B.; HARIKRISHNAN, K. Genomics as a potential tool to unravel the rhizosphere microbiome interactions on plant health. **Journal of Microbiological Methods**, v. 185, p. 106215, 2021.

RABBEE, M. F.; ALI, M. S.; CHOI, J.; HWANG, B. S.; JEONG, S. C.; BAEK, K. *Bacillus velezensis*: A valuable member of bioactive molecules within plant microbiomes. **Microbial Cell Factories**, v. 18, n. 1, p. 1–15, 2019. DOI: 10.1186/s12934-019-1095-7.

REDDY, P. R. **Studies on bacteriophages of *Xanthomonas oryzae* and *Xanthomonas translucens* f. sp. *oryzicola*, the incitants of blight and streak diseases of rice**. 1972. Tese (Ph.D.) - Banaras Hindu University, Varanasi, India.

ROSSETTO, R.; SANTIAGO, A. D. **Doenças bacterianas**. Embrapa – Agência de Informação Tecnológica, 22 fev. 2022.

ROTT, P.; SOOD, S.; COMSTOCK, J. C.; GILBERT, R. A.; SANDHU, H. S. **Sugarcane ratoon stunting**. Agronomy Department, UF/IFAS Extension, 2018.

SANTA BRIGIDA, A. B. *et al.* Sugarcane transcriptome analysis in response to infection caused by *Acidovorax avenae* subsp. *avenae*. **PLoS ONE**, [S. I.], v. 11, n. 12, e0166473, 9 dez. 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0166473>.

SCHAAD, N.W.; JONES, J.B.; CHUN, W. (Eds.). Laboratory guide for identification of plant pathogenic bacteria. 3. ed. Saint Paul: **APS PRESS**, 2001, 373 p.

SCHUSTER, M. L.; COYNE D. P. Survival mechanisms of phytopathogenic bacteria. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 12, 1974.

SHAKYA, D.; VINTHER, F.; MATHUR, S. World wide distribution of a bacterial stripe pathogen of rice identified as *Pseudomonas avenae*. **Journal of Phytopathology**. v. 114, n. 3, p. 256-259, 1985.

SILVA JÚNIOR, T. A. F. *et al.* Survival of *Xanthomonas campestris* pv. *campestris* associated with soil and cauliflower crop debris under Brazilian conditions. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 156, n. 2, p. 399–411, 2020. DOI: 019-01888-8. Disponível em: <http://hdl.handle.net/11449/199726>.

SILVA, D. L. G; BATISTI, D. L. S.; FERREIRA, M. J. G.; MERLINI, F. B.; CAMARGO, R. B. Cana-de-açúcar: Aspectos econômicos, sociais, ambientais, subprodutos e sustentabilidade. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 7, 2021.

SUMNER, D.R.; SCHAAD, N.W. Epidemiology and control of bacterial leaf blight of corn. **Phytopathology**. v. 67, p. 1113-1118, 1977.

TOKESHI, H.; RAGO, A. *et al.* Doenças da cana-de-açúcar. In: AMORIM, L.; REZENDE, J.A.M; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A. (Orgs.) **Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. Ouro Fino: Agronômica Ceres, 2016, p. 219-231.

TORRES, A. G. **Manejo de doenças bacterianas e de nematoides na cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.)**. 2025. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2024. doi: 10.11606/T.11.2024.tde-12032025-112358.

UNICA – UNIÃO DA INDÚSTRIA DA CANA-DE-AÇÚCAR. **Fotografia do setor sucroenergético no Brasil e os benefícios econômicos, ambientais e sociais gerados**. UNICA, 2024.

URASHIMA, A. S.; SILVA, M. F.; CORAINI, N. F.; GAZAFFI, R. Temporal incidence of *Leifsonia xyli* subsp. *xyli* in sugarcane propagating materials of Brazilian cultivars. **Crop Protection**, Oxford, v. 128, p. 104976, 2020.

VERÍSSIMO, M. A. A. *et al.* Doenças da cana-de-açúcar. In: **Sistema de Produção da Cana-de-açúcar para o Rio Grande do Sul**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2017. p. 104–107.

VIDAVER, A. K., & LAMBRECHT, P. A. (2004). Bacteria as plant pathogens. **The Plant Health Instructor**. [.org/10.1094/PHI-I-2004-0809-01](https://doi.org/10.1094/PHI-I-2004-0809-01).

VIEIRA, A. F.; MOURA, M.; SILVA, L. Soil metagenomics in grasslands and forests – A review and bibliometric analysis. **Applied Soil Ecology**, v. 167, p. 104047

WILLEMS, A.; GOOR, M.; THIELEMANS, S.; GILLIS, M.; KERSTERS, K.; DE LEY, J. Transfer of several phytopathogenic *Pseudomonas* species to *Acidovorax* as *Acidovorax avenae* subsp. *avenae* subsp. nov., comb. nov., *Acidovorax avenae* subsp. *citrulli*, *Acidovorax avenae* subsp. *cattleyae*, and *Acidovorax konjaci*. **International Journal of Systematic Bacteriology**, v. 42, n. 1, p. 107-119, 1992.

WU, Y.; CAI, P.; JING, X.; NIU, X.; JI, D.; ASHRY, N. M.; GAO, C.; HUANG, Q. Soil biofilm formation enhances microbial community diversity and metabolic activity. **Environment International**, v. 132, p. 105116, nov. 2019.

YONZONE, R.; DEVI, M.S. *et al.* Red Stripe/Top Rot Disease of Sugarcane: A Review. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**. v. 7, n. 1, p. 1469-1478 2018.

YULIANTI, T.; WIJAYANTI, K. Management of ratoon stunting disease by hot water treatment to provide healthy cane seed. In: IOP CONFERENCE SERIES: EARTH AND ENVIRONMENTAL SCIENCE, 2020, **IOP Publishing**, 2020. p. 012063.

ZAVAGLIA, A. C.; CIA, M. C.; POPIN, R. V.; CAMARGO, L. E. A. No alternative hosts of the sugarcane pathogen *Leifsonia xyli* subsp. *xyli* were identified among grass and non-grass species using novel PCR primers. **Tropical Plant Pathology**, v. 41, n. 5, p. 336-339, 2016.

ZHAO, J.; CHEN, J.; HU, Z.; LI, J.; FU, H.; ROTT, P. C.; GAO, S. Genetic and morphological variants of *Acidovorax avenae* subsp. *avenae* cause red stripe of sugarcane in China. **Frontiers in Plant Science**, v. 14, art. 1127928, 2023. DOI: 10.3389/fpls.2023.1127928.

ZHOU, J.; SUN, H.; ALI, A.; ROTT, P. C.; JAVED, T.; FU, H.; GAO, S. Quantitative Proteomics Analysis Reveals Proteins Associated with High Melatonin Content in Barley Seeds under NaCl-Induced Salt Stress. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 70, n. 15, p. 4705-4715, 2022. DOI: 10.1021/acs.jafc.2c00466.